

ENDOSCOPIA EN AVES. TÉCNICA Y APLICACIONES.

J. Fernández Morán | Parque Zoológico de Barcelona.
Parc Ciutadella, s/nº
08003 Barcelona

DEDICADO A LA MEMORIA DEL DR. LUERA I CARBÓ

RESUMEN

La laparoscopia, aún a pesar de sus limitaciones, ofrece excelentes oportunidades al clínico en el diagnóstico y tratamiento de determinadas enfermedades. A pesar de estar generalizado su uso en la medicina humana y de su empleo cada vez más extensivo en determinados campos de la medicina veterinaria, ciertas limitaciones no favorecen un uso más frecuente. En la medicina de aves, por razones de tipo fisiológico y anatómico, se convierte en una herramienta de trabajo casi elemental y su realización resulta de más fácil aplicación.

En el presente trabajo el autor resume la información adquirida mediante la realización de más de 300 procedimientos laparoscópicos en aves domésticas y salvajes (de 20 géneros diferentes), entre los que se incluyeron sexajes, biopsias y exploraciones, con o sin toma de muestras. Asimismo, se aporta material fotográfico que facilitará a los lectores la familiarización con los citados procedimientos en las aves.

Palabras clave: Aves; Laparoscopia; Diagnóstico; Biopsia.

ABSTRACT

Laparoscopy, despite its limitations, offers the clinician excellent opportunities in the diagnosis and treatment of some pathologies. Although in humane medicine it is extensively used, some limitations make a difference in veterinary medicine. In avian medicine, for physiological and anatomical reasons, it is a key tool and its performance is easier.

In this paper, the author summarizes all the information acquired during more than 300 laparoscopy procedures performed in wild and domestic birds, including sexing, biopsies and explorations with and without sampling. Altogether photographic material is presented to help the readers in the understanding of these techniques.

Key words: Birds; Laparoscopy; Diagnostic; Biopsia

INTRODUCCIÓN.

El desarrollo y perfeccionamiento de los sistemas de lentes y fibras ópticas entre los años 50 y 60 constituyeron la base de implantación de la endoscopia en medicina humana. Las aplicaciones en diferentes campos, como la traumatología, ginecología, otorrinolaringología, anestesiología, etc. supusieron uno de los más grandes avances en el diagnóstico y cirugía del último siglo. A partir de los años 70, se comenzó a utilizar en la medicina veterinaria, aunque su empleo en la actualidad no es generalizado debido principalmente al elevado coste de las lentes así como del instrumental necesario para la realización de las intervenciones.

Posteriormente, se comenzó a aplicar al estudio de las aves, siendo dedicado en el pasado exclusivamente a la observación de las gónadas como sistema de determinación del sexo (sexaje laparoscópico) en aves monomórficas).

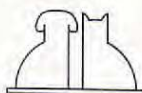
En los últimos años, la medicina aviar ha expe-

rimentado un desarrollo importante motivado por la popularidad de la tenencia de aves exóticas, la mayoría criadas en cautividad, lo que ha incrementado su coste. De la misma manera, existen colecciones (aviarios, parques zoológicos, etc.) que reproducen especies en grave peligro de extinción de un valor incalculable. Todo ello ha condicionado el avance de la endoscopia aviar, así como el desarrollo de nuevas técnicas diagnósticas.

Las aves son ideales para la realización de la endoscopia por lo peculiar de su anatomía; prácticamente existe neumatización fisiológica del celoma por la posición y distribución de los sacos aéreos⁽¹⁸⁾. Además, no poseen epiglotis, por lo que el estudio de la tráquea es más fácil.

La existencia del buche en algunas especies y la ausencia de esfínter del cardias facilita el estudio del tracto digestivo superior.

En el presente trabajo nos referiremos al estudio endoscópico de las aves, realizado mediante endoscopios rígidos propiamente dichos.



MATERIAL Y MÉTODOS.

Elección del instrumental.

Los instrumentos básicos necesarios para la realización de endoscopías diagnósticas son una fuente de luz (150 w), un cable de fibra óptica y el endoscopio propiamente dicho (el más comúnmente empleado es un artroscopio de medicina humana), incluyendo la cánula y el trocar diseñados para la introducción del endoscopio en las cavidades^(3, 18). A continuación, se presentan y discuten diversos factores que nos ayudarán en la elección del material más adecuado para nuestras necesidades. La luz es aportada por un cable de fibra óptica que está compuesto por muchas fibras entrelazadas que transmiten la luz por reflexión interna. Al ser flexible, aporta libertad de movimientos al endoscopista a la vez que separa la luz de la fuente de calor. (Fig. 1 y 2).

Para la realización de endoscopias meramente diagnósticas, el endoscopio más fino que existe es de 1,9 mm de diámetro exterior, que ofrece una excelente calidad de óptica. Se trata de un instrumento ideal para aves que pesen menos de 100 gr de peso o para regiones de pequeñas dimensiones (oviducto, senos, tráquea, etc.). El endoscopio de 2,7 mm se recomienda para aves cuyo peso esté entre los 50 gr hasta los 4 kg, mientras que el de 4-5 mm se utiliza en aves de más de 4 kg.

El más versátil y más comúnmente empleado es el de 2,7 mm; proporciona buena iluminación, con un buen tamaño de imagen, por lo que se puede utilizar para la manipulación del instrumental de biopsias o para la realización de fotografías.

En general, se emplean instrumentos de longitudes de entre 170 y 190 mm, si bien esto depende de las preferencias del veterinario así como de la experiencia. Resulta útil comenzar con estas dimensiones, pues los aparatos más largos son más frágiles; además, se pueden dañar algunas vísceras si no se calcula bien. Por el contrario, los endoscopios más largos pueden resultar útiles para el estudio de la tráquea, esófago, buche o en la cavidad celómica de aves más grandes. En cuanto al ángulo de visión de la lente, se recomiendan los de un ángulo de 30°. Esto es importante para mejorar la visibilidad y reducir el traumatismo que supone el incidir los sacos aéreos y el peritoneo durante las laparoscopias^(6, 15, 17, 18).

Aunque ha sido descrita la realización de biopsias hepáticas en aves mediante técnicas percutá-

neas utilizando una aguja de Menghini modificada, no se recomienda en absoluto este procedimiento al tratarse de un sistema ciego y no poderse seleccionar lesiones específicas. Además es posible lesionar órganos adyacentes como el proventrículo, corazón y el conducto biliar. Una vez más, el método de elección es la biopsia guiada por técnicas laparoscópicas. Para la realización del presente trabajo se han empleado pinzas de biopsias de la casa Wolf de 2,7 mm de diámetro, conjuntamente con la fuente de luz y las lentes ya descritas previamente. En medicina humana se emplean sistemas de laparoscopios con doble canal, lo cual permite la introducción a través de una única punción de la óptica y del material de biopsia, corte, efusión de líquidos, etc.; aunque ofrece posibilidades excepcionales, no han sido empleados por el autor⁽¹⁷⁾.

Para la realización iconográfica expuesta en el presente trabajo se ha utilizado un adaptador para cámara fotográfica acoplado a una cámara Olympus OM-2. Las lentes empleadas han sido siempre de 2,7 mm, 4 mm o de 10 mm, las cuales ofrecen buena iluminación y amplificación de imagen (Fig. 3), (Tabla I).

Cuidados y esterilización del instrumental.

Al tratarse de instrumental de alto coste, deben mantenerse las pautas de cuidado y conservación. Siempre deben sujetarse los instrumentos por la pieza de plástico que cubre el ocular, con la precaución de no ejercer demasiada presión, especialmente en los modelos de menor diámetro. Con el fin de no traspasar agentes patógenos de mamíferos a aves o entre aves enfermas a aves sanas (no hay que olvidar que diversos gérmenes que colonizan de forma saprófita a perros y gatos son altamente patógenos para las aves como es el

Tabla I. Materiales empleados por el autor en el presente trabajo.

- Fuente de luz Wolf 5006 con posibilidad de flash sincronizado
- Antroscopios 1,9 mm de diámetro y 120 mm de longitud
2,7 mm de diámetro y 100 mm de longitud
4 mm de diámetro y 170 mm de longitud
10 mm de diámetro y 310 mm de longitud
- Cable de fibra óptica
- Monitor Sony 14 pulgadas
- Cámara CCD CR-2001 Microcam
- Video
- Adaptador fotografía Wolf
- Pinzas biopsias
- Hisopo para toma de muestras
- Material esterilización (Melipur H PlusR)



caso de *Pasteurella multocida*)⁽³⁾, se debe esterilizar el material antes de su uso mediante esterilización gaseosa (etilen óxido) o por esterilización química (Fig. 4). Para este fin, existen en el mercado productos a base de glutaraldehído y glioxal. Se deben seguir las indicaciones del fabricante en cuanto a la concentración y los tiempos de actuación ya que de otro modo, se pueden provocar daños irreversibles en las lentes. Posteriormente, se debe sumergir el instrumental en agua destilada pues este producto puede provocar reacciones peritoneales, artritis, retraso en la cicatrización, irritación local y necrosis.

Anatomía aplicada.

Como se indicó previamente, las aves son desde el punto de vista anatómico pacientes ideales para la realización de endoscopías, al subdividirse el celoma en cavidades peritoneales en conjunción con los sacos aéreos. Por una parte, la cavidad peritoneal intestinal (CPI) aloja las asas intestinales, gónadas, bazo, y una porción del proventrículo y se extiende desde el polo craneal del riñón a la cloaca en la línea media (Fig. 26). Las cavidades peritoneales hepáticas derecha e izquierda (CPH) engloban las porciones ventrales de los lóbulos hepáticos y están separadas por el mesentéreo ventral (Fig. 27). Para acceder a los pulmones se debe incidir a través del saco aéreo abdominal o los torácicos caudal y craneal. Las aves tienen dos sacos aéreos impares (cérvico, cefálico y clavicular) y tres pares (torácico craneal, torácico caudal y abdominal) constituyendo un total de ocho, distribuidos por toda su anatomía⁽⁸⁾.

Desde el punto de vista endoscópico es mejor considerar conjuntamente a los sacos aéreos torácico craneal y caudal. Cuando se inciden es posible observar las siguientes estructuras: superficie caudal del pulmón, ostium, (comunicación de los sacos aéreos con el pulmón), proventrículo e hígado⁽¹⁸⁾.

Los sacos aéreos más grandes, son en la mayoría de las aves, los abdominales, extendiéndose desde la superficie caudal del pulmón hasta el borde craneal de la cloaca.

Anestesia y preparación del paciente.

Todas las aves (a excepción de algunos casos aislados) son anestesiados con Isoflurano con con-

centraciones de inducción del 5% aplicado mediante mascarilla (Fig. 5) y de mantenimiento de 1,5 al 2,5%. Las aves son entubadas tan pronto se alcanza un buen plano anestésico (Fig. 6 y 7). La administración se realiza mediante un sistema T de Ayre modificado. El flujo de oxígeno se mantiene en aproximadamente tres veces el volumen respiratorio minuto el cual es aproximadamente de 600 ml/min para aves de 1 Kg, de peso⁽¹⁸⁾. Las de más de 500 gr pueden ser monitorizadas mediante pulsioximetría (Nellcor N-20P 4280 Hacienda Drive, California 94588) utilizando cualquiera de los dos sensores diseñados para veterinaria (VETSAT), (Fig. 8). También es posible la colocación de un sensor reflectante para uso externo de humana (RS-10) colocado por vía esofágica.

Previamente a la laparoscopia, los animales son privados de alimentos por lo menos tres horas siempre dependiendo del tipo de ave y el tipo de intervención. Si se van a realizar procedimientos quirúrgicos en el aparato digestivo, o si se trata de aves que consumen grandes cantidades de alimento (pelicanos, rapaces, grullas, etc.) se puede requerir un ayuno de más de 24 horas para evitar vómitos o regurgitación.

Los lugares de penetración se describirán posteriormente en cada caso. Se debe preparar el área para cirugía, retirar las plumas, aplicar solución antiséptica (clorhexidina, povidona yodada, mertiolate, etc.) y colocar un campo para evitar la entrada de plumas en la zona de trabajo especialmente si se van a manipular instrumentos para la toma de muestras. De la misma manera, siempre que se acceda a los sacos aéreos o al celoma es importante mantener la máxima esterilidad⁽⁷⁾ (Fig. 9).

Técnicas quirúrgicas.

Tres han sido las técnicas empleadas por el autor en el presente trabajo, las cuales serán expuestas a continuación (Lámina 1).

1. Abordaje lateral izquierdo a nivel de la fosa paralumbar. (Lámina 1, puntos 5, 6 y 7). Se trata del sistema clásicamente empleado para la realización del sexaje por laparoscopia. Se coloca al paciente en decúbito lateral derecho, con las alas extendidas dorsalmente y la extremidad izquierda en extensión caudal. El punto de entrada se localiza cranealmente al músculo iliotal caudal a la última costilla.



Se debe realizar una pequeña incisión con el bisturí para posteriormente, y mediante un mosquito proceder a la apertura de una vía adecuada para la inserción de la óptica empleada. (Figs. 10, 11, 12, 13 y 14).

También es posible proceder directamente a la entrada en la cavidad celómica mediante el trocar cánula que acompaña al laparoscopio, aunque, en este caso se necesita más experiencia y entrenamiento para no dañar ninguna víscera pues se trata de un método a ciegas. Si el animal no ha sido convenientemente ayunado, o presenta algún cuadro inflamatorio de proventrículo o ventrículo éstos pueden resultar dañados.

Utilizando esta técnica se accederá directamente al saco aéreo abdominal o al torácico caudal y será posible la localización visual del borde ventrolateral del proventrículo, el aspecto lateral del lóbulo izquierdo del hígado, riñón, glándula adrenal, gónadas sexuales y sus estructuras asociadas, bazo, proventrículo y el ventrículo o molleja y las asas intestinales además de los sacos aéreos ya mencionados.

Es importante reseñar que como ya se ha indicado previamente, las gónadas, intestinos, bazo, y la parte dorsal del proventrículo se hallan suspendidos en la cavidad peritoneal intestinal (CPI) y no en el saco aéreo abdominal por lo que se debe traspasar con la lente la pared dorsomedial del saco para una mejor visualización de estas estructuras o para la toma de biopsias. De la misma manera también se puede penetrar en la cavidad peritoneal hepática ventral^(9, 13, 15, 18).

2. Abordaje de las cavidades peritoneales ventrales hepáticas. De las dos cavidades peritoneales pares, que envuelven al hígado, (dorsal y ventral), son las ventrales las más desarrolladas y las de mayor importancia clínica. Ambas, la derecha y la izquierda se hallan separadas por el mesentéreo ventral. A pesar de ser posible el abordaje hepático a través de otras vías ésta es la más recomendable tanto para la visualización de lesiones como para la toma de biopsias. (Lámina 1, punto 3).

Se realiza una incisión en la línea media inmediatamente caudal al borde del esternón, introduciéndonos directamente en la CPVH mediante un mosquito o punta de tijera o bien empleando la lente. Desde este abordaje se visualizan perfectamente las superficies ventrales del hígado, el mesentéreo ventral y el corazón^(11,15,18) (Fig. 15).

3. Abordaje directo de la cavidad peritoneal intestinal (CPI). Consiste en la entrada en la CPI sin incidir atravesar ninguna pared de ningún saco aéreo. Se trata de la vía de elección para la realización de biopsias de riñón. Se puede realizar la entrada directa vía trocar-cánula en un punto situado ventral al isquium y caudal al pubis estando el paciente en decúbito lateral (derecho o izquierdo). Mediante este método es posible el acceso directo al intestino, gónadas sexuales y al riñón^(15, 18) (Lámina 1, punto 4).

Otras aplicaciones laparoscópicas.

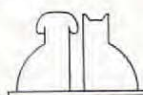
La laparoscopia también puede ser empleada para la observación de otras estructuras tales como el tracto respiratorio superior, la cavidad oral, coana, el buche, esófago, cloaca y la porción distal del oviducto⁽¹³⁾.

Cuando se procede al estudio de la orofaringe en aves sin anestesiar con musculatura mandibular potente se debe prestar especial atención a la preservación del instrumental en buenas condiciones. En tales casos se recomienda anestesiar al animal o bien utilizar algún tipo de espéculo que proteja al equipo. En muchas aves existen en la base de la lengua glándulas salivares cuya disposición y forma varía entre especies.

La tráquea puede ser examinada mediante el paso del laparoscopio a través de la glotis en el ave anestesiada lo cual se ve favorecido por el



Lámina 1. Puntos de entrada principales para el examen laparoscópico en las aves.



hecho de no presentar cuerdas vocales. Dependiendo del diámetro de la tráquea (en las aves, formada por anillos traqueales cerrados) y de la longitud del cuello, puede ser posible el estudio de la siringe. Si se sospecha de algún proceso infeccioso, es posible la toma de muestras directamente de la punta del laparoscopio una vez retirado éste de la tráquea (Fig. 16).

El esófago de las aves, presenta pliegues de la mucosa variables según las especies. Así, las aves carnívoras presentan un mayor número que aquellas insectívoras o que se alimentan con semillas (Fig. 17).

En aquellas aves que presentan buche (Galliformes, Psitaciformes, Columbiformes y algunas Paseriformes), éste puede ser estudiado mediante la inserción del laparoscopio en la porción cervical del esófago. Es interesante dejar al animal en ayuno varias horas y la aplicación de una ligera presión positiva con aire para mejorar el campo visual.

Biopsias.

Una vez indicadas las principales vías de acceso y las aplicaciones clínicas de la endoscopia en aves, se explican a continuación las bases para la obtención de biopsias. Por el mayor interés de aplicación clínica se tratará sólo la técnica empleada para la realización de la biopsia hepática, renal y de testículo.

Biopsia hepática.

Está indicada en los casos siguientes: hallazgos radiológicos anormales, alteración de parámetros hepáticos, poliurea y polidipsia crónicas, sospecha de enfermedad hepática que no responda al tratamiento, hepatomegalia sin razón evidente, evaluación de terapia frente a alteración hepática, etc^(3, 16, 17, 18).

Está contraindicada si existen problemas de coagulación, trombocitopenia o estado crítico del paciente. (Tabla II).

El abordaje más indicado es a través de la cavidad peritoneal hepática ventral (CPHV) (Fig. 18) o a través del saco torácico caudal derecho

mediante una pinza de biopsia de 5-7 Fr en cuchara. Una vez obtenida la muestra se debe vigilar para observar si existe hemorragia importante. En este caso se puede aplicar una torunda para ejercer presión local o también se puede realizar cauterización con el bisturí eléctrico a través de la cánula del laparoscopio. En procesos hepáticos no localizados puede ser necesaria la obtención de más de una muestra de un mismo paciente lo cual puede realizarse siempre que no se produzcan hemorragias importantes.

Biopsia renal.

Indicada en elevaciones agudas del ácido úrico, o cuando persisten la poliuria y la polidipsia sin explicación clínica evidente. En las aves, en ocasiones no se elevan de forma dramática los niveles de ácido úrico hasta que existe una gran destrucción de túbulos renales por lo que la realización de biopsias de riñón pueden, además de ayudar a establecer una etiología en una alteración renal, a realizar un diagnóstico precoz de alteración renal⁽¹⁸⁾.

El abordaje, ha sido realizado por el autor a través de la fosa paralumbar izquierda a la vez que se visualizan las gónadas. También es fácil realizarlo a través de la cavidad peritoneal intestinal (CPI). Como en el caso anterior se utilizan pinzas de biopsia en cuchara del 3, 5 o 7 Fr, dependiendo de la talla del paciente.

Biopsia testicular.

Puede ser empleada, como en otras especies para determinar la causa de infertilidad en el macho. La vía de acceso es idéntica que para el riñón y el tamaño de la pinza de biopsia debe ser de hasta 9 Fr, circular o elíptica.

Cuidados post-quirúrgicos.

Los cuidados que se exponen a continuación se aplican tanto para laparoscopias de diagnóstico como para la realización de biopsias.

Los sacos aéreos no deben ser suturados, aunque si se han producido daños de envergadura pueden no cicatrizar en un período corto de tiempo. No obstante se deben realizar sólo pequeñas perforaciones de los sacos, evitando la producción de grandes desgarros.

De la misma manera, nosotros no suturamos la pequeña incisión producida en la pared al incidir la piel con el trocar aunque puede ser necesario la aplicación de un punto de sutura (Dexon 3-6/0).

Tabla II. Protocolo a seguir cuando se realiza endoscopia en aves de riesgo.

1. Examen físico previo. Pruebas diagnósticas mínimas: hemograma, glucosa, ácido úrico, GOT (AST), CPK.
2. Administración de suero (Ringer lactado), 10-20 ml/Kg de PV temperatura de 37°C. Considerar la aplicación de vitaminas, dextrosa, corticoides, etc.
3. Manipulación cuidadosa del ave.
4. Aplicación de calor durante todo el proceso.
5. Realización de la endoscopia en el menor tiempo posible. No alargar el proceso una vez realizada la visualización o la toma de muestras.
6. Ofrecer cuidados post anestésicos: calor, fluidoterapia, observación continuada y antibioterapia (cuando sea precisa).

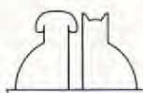




Fig. 1.



Fig. 6.



Fig. 11.



Fig. 16.

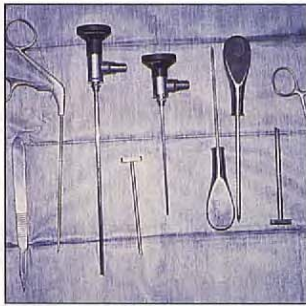


Fig. 2.

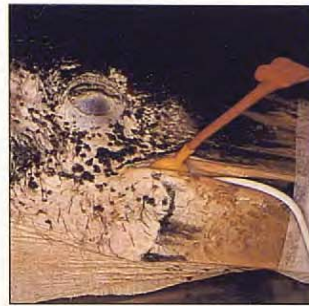


Fig. 7.



Fig. 12.



Fig. 17.

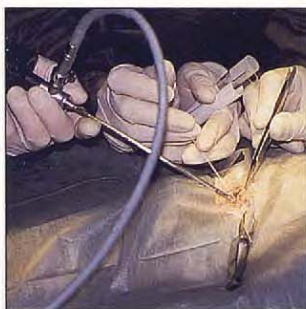


Fig. 3.



Fig. 8.



Fig. 13.



Fig. 18.



Fig. 4.



Fig. 9.



Fig. 14.



Fig. 19.



Fig. 5.



Fig. 10.



Fig. 15.



Fig. 20.

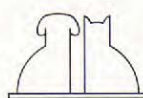




Fig. 21.



Fig. 26.



Fig. 31.

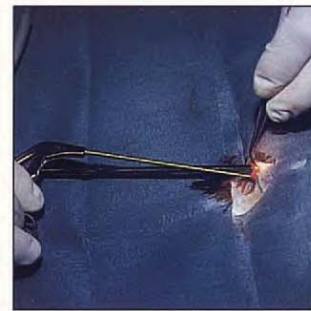


Fig. 36.



Fig. 22.

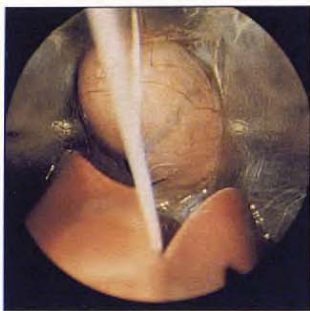


Fig. 27.



Fig. 32.

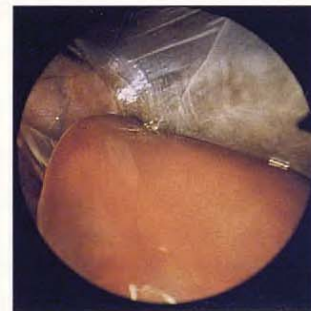


Fig. 37.



Fig. 23.

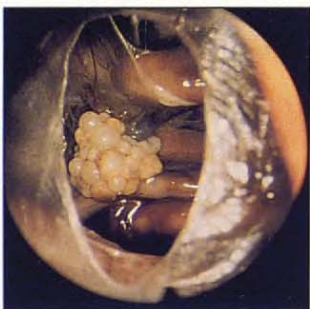


Fig. 28.



Fig. 33.

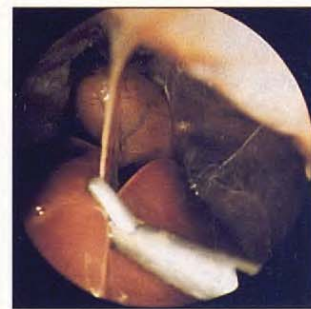


Fig. 38.

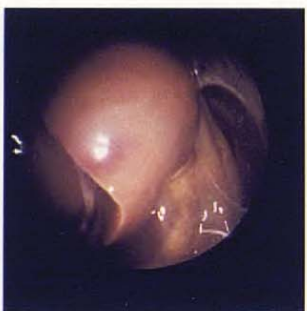


Fig. 24.



Fig. 29.

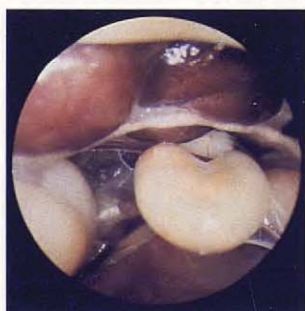


Fig. 34.



Fig. 39.



Fig. 25.



Fig. 30.



Fig. 35.



Fig. 40.



Fig. 41.



Fig. 42.



Fig. 43.



Fig. 44.



Fig. 45.

- Fig. 1. Fuente de luz y cámara empleada en el presente trabajo.
 Fig. 2. Instrumental mínimo necesario para la realización de biopsias por laparoscopia en aves.
 Fig. 3. Instante en el que se fotografía la toma de muestras para estudios microbiológicos.
 Fig. 4. Esterilización química del endoscopio entre diferentes pacientes.
 Fig. 5. Anestesia inhalatoria de un mina (*Gracula religiosa*).
 Fig. 6. Intubación de un marabú (*Leptopterus crumeniferus*).
 Fig. 7. Mantenimiento anestésico del marabú de la figura 6.
 Fig. 8. Monitorización por pulsioximetría de un marabú empleando un sensor digital de uso humano.
 Fig. 9. Preparación quirúrgica para la realización de una biopsia hepática por laparoscopia.
 Fig. 10. Realizando la incisión de entrada. Abordaje lateral izquierdo a nivel de fosa paralumbar.
 Fig. 11. Abordaje lateral izquierdo en un buho real (*Bubo bubo*).
 Fig. 12. Abordaje lateral izquierdo mediante el trocar-cánula en una cacaúta de las Molucas (*Cacatua moluccensis*).
 Fig. 13. Continuación Fig. 12. Momento en el que se ha retirado el trocar para proceder a la inserción de la óptica.
 Fig. 14. Águila real (*Aquila chrysaetos*); observación radiológica del posicionamiento del trocar durante el examen laparoscópico.
 Fig. 15. Abordaje de la cavidad peritoneal ventral hepática (CPVH).
 Fig. 16. Introducción del endoscopio en la cavidad oral de una gaviota (*Larus argentatus*) para estudiar las coanas, esófago y tráquea.
 Fig. 17. Esófago normal de una gaviota (*Larus argentatus*) mostrando los característicos pliegues longitudinales esofágicos.
 Fig. 18. Biopsia hepática. Obsérvese la pinza de biopsia guiada mediante el endoscopio.
 Fig. 19. Posicionamiento del endoscopio en la cavidad oral de una garza real (*Ardea cinerea*).
 Fig. 20. Garza real (*Ardea cinerea*) Esófago. Ventralmente se puede observar la tráquea.
 Fig. 21. Saco torácico craneal. Aspecto normal del pulmón.
 Fig. 22. Acceso directo al hígado de una Garza real (*Ardea cinerea*) a través de las cavidades peritoneales hepáticas (CPVH).
 Fig. 23. Cavidad peritoneal intestinal (CPI). Obsérvese el duodeno y el páncreas. Paloma bravía (*Columba livia*).
 Fig. 24. Aspecto del lóbulo hepático izquierdo a través del saco abdominal.
 Fig. 25. Realizando una pequeña incisión en el saco aéreo torácico caudal mediante una pinza mosquito.
 Fig. 26. Cavidad peritoneal intestinal (CPI) de un macho de garza real (*Ardea cinerea*). Obsérvese los testículos (negros), riñón, brazo y asas intestinales.
 Fig. 27. Cavidad peritoneal ventral hepática (CPVH) dividida en derecha e izquierda por el mesenterio. Cranealmente se observa el saco torácico. Hígado y corazón. Gaviota (*Larus argentatus*).
 Fig. 28. Observación de ovario normal de una gaviota (*Larus argentatus*) a través de la incisión realizada en el saco aéreo. También se observa el polo craneal del riñón derecho y las asas intestinales.
 Fig. 29. Ovario de la Fig. 28 observando a mayor aumento. Observamos el color verde del oviducto.
 Fig. 30. Vista endoscópica de un ovario inmaduro en un guacamayo militar (*Ara militaris*).
 Fig. 31. Cotorra de la Patagonia (*Cyanoliseus patagonus*). Testículo maduro en plena actividad. Apréciase el tamaño incrementado y la enorme vascularización.
 Fig. 32. Paloma (*Columba livia*). Testículo maduro.
 Fig. 33. Testículo izquierdo, riñón, uréter y conducto deferente de una garza real (*Ardea cinerea*).
 Fig. 34. Imagen correspondiente a la Fig. 35. En esta vista diferente se observa además parte del testículo derecho.
 Fig. 35. Glándula adrenal, testículo izquierdo y polo craneal del riñón izquierdo. Son las tres estructuras claves que nos confirmarán el posicionamiento adecuado para la realización del sexaje laparoscópico.
 Fig. 36. Instante en que se realiza una biopsia hepática.
 Fig. 37. El borde caudal del hígado es el lugar ideal para la realización de la biopsia aunque en caso de observarse lesiones cualquier punto es aprovechable.
 Fig. 38. Momento en el que la pinza de biopsia se cierra.
 Fig. 39. Instante en el que se toma una muestra de hígado.
 Fig. 40. Muesca resultante de la biopsia. En este caso no se ha producido hemorragia.
 Fig. 41. Pequeña hemorragia post-biopsia. El caso se corresponde con la Fig. 38.
 Fig. 42. Ejemplo de otra biopsia sin hemorragia posterior.
 Fig. 43. Debido al pequeño tamaño de la muestra es aconsejable la toma de más de una biopsia.
 Fig. 44. Neumonía. Además de tomarse muestra microbiológica de coanas y tráquea, el acceso directo al pulmón aporta evidentes ventajas para el cultivo más eficaz.
 Fig. 45. Mediante laparoscopia también es posible la toma de hisopos de órganos cuando se sospecha de septicemias o infecciones localizadas en el celoma.

Tan pronto el animal se recupera de la anestesia (usualmente en menos de 5 minutos) se le puede ofrecer agua y alimentos *ad libitum*. Si no se observa ningún signo de enfermedad infecciosa durante la laparoscopia y si el proceso se ha realizado bajo condiciones de asepsia no es necesario el uso de antibióticos de forma rutinaria. Nosotros, en ningún caso (bajo circunstancias normales) empleamos antibioterapia para este tipo de intervenciones.

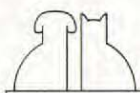
Si se han producido hemorragias importantes o se han tratado animales seriamente enfermos, es importante la observación cuidadosa por al menos 24 horas. Se debe aplicar, también en estos casos, fluidos (lactado de ringer o glucosalino al 5% por vía iv, im o io) así como vitamina K. Puede ser necesario, según la gravedad del caso la administración de corticosteroides y sangre completa de un donante.

Posibles complicaciones post-laparoscopia.

Aunque se trata de un método poco invasivo que aporta mucha información diagnóstica y grandes posibilidades quirúrgicas, se pueden producir lesiones o resultados desfavorables durante el estudio laparoscópico; estos son evitables en la mayoría de los casos si se evitan las principales causas:

1. El principal factor adverso es la falta de experiencia del endoscopista. Esto, junto con la falta de conocimiento de la anatomía aplicada y la falta de costumbre al aumento de imagen que ofrece la lente conduce a errores de posicionamiento, o lo que es peor, a producir daños en alguna víscera^(1, 2, 5).

2. Falta de conocimiento de las diferencias anatómicas entre aves de diferente género o especie. Así, emplear el lugar de entrada entre las costillas 7 y



8 descrito para el sexaje en psitácidas puede producir punción hepática cuando es empleado en palomas.

3. Interferencias visuales por contacto de la lente con sangre, líquido o grasa.

4. Traumas. La punción de vísceras (hígado, proventrículo, ventrículo, corazón...) o de vasos puede producir consecuencias graves. Cuando se producen lesiones en el tracto gastrointestinal se debe proceder a una laparotomía para la reparación de los daños provocados. Si se producen hemorragias importantes se debe aplicar suero por vía parenteral (T^a de 37°C) así como vitamina K (0,2-2,5 mg/Kg IM) y posponer el procedimiento para otro día. El ave debe ser instalada en un lugar caliente y tranquilo y mantenida en observación. Según la variación del hematocrito se deberá proceder a la transfusión de sangre en los casos más graves.

5. Fallos mecánicos. Son muy raros y no deben producirse. Se debe disponer de lentes de repuesto para que una vez iniciado el proceso poder terminarlo aunque falle parte del instrumental.

RESULTADOS.

En las Figs. 18 a 45 se exponen los resultados descriptivos de la mayoría de los procedimientos laparoscópicos expuestos en el presente trabajo.

DISCUSIÓN.

Dado el gran número de laparoscopias realizadas en el presente trabajo sin la ocurrencia de ninguna muerte asociada al procedimiento, se constata el elevado margen de seguridad existente si la técnica es aplicada correctamente. Quizá la limitación más importante viene impuesta por el grado de la anestesia lograda junto con la calidad de los materiales laparoscópicos utilizados.

En el pasado, las técnicas laparoscópicas se limitaron en las aves al estudio de las gónadas, viéndose éstas relegadas en los últimos años en pos de nuevas técnicas más avanzadas (sexaje cromosómi-

co por pluma, DNA sanguíneo, etc.); sin embargo, el hecho de que sea posible durante la observación, constatar el estado de las gónadas (actividad sexual) así como el estudio de posibles patologías asociadas aporta ventajas evidentes a esta técnica.

Cuando es realizado por personal preparado, el sexaje laparoscópico en aves adultas se aproxima al 100% de precisión.

La realización de biopsias mediante esta técnica, también ofrece nuevas opciones al clínico, si bien no deja de tratarse de un proceso delicado, especialmente en aves muy enfermas o de muy pequeñas dimensiones.

Han sido descritas por diversos autores, técnicas para la realización de biopsias de pulmón^(10, 12, 18). La estructura poco consiste del pulmón de las aves así como las hemorragias asociadas a este tipo de procedimiento limita su realización en la medicina aviar. El autor recomienda la toma de muestras a través de la tráquea o sacos aéreos y la visualización de los pulmones durante la laparoscopia.

Sin embargo, queda constatada la gran utilidad de los procedimientos laparoscópicos meramente diagnósticos que permiten la visualización de los órganos así como la realización de las biopsias hepáticas. Cuando se realizan éstas, es importante obtener varias muestras diferentes (2 ó 3) pues su pequeño tamaño hace que su evaluación sea difícil aún para un patólogo especializado en medicina aviar.

El abordaje más empleado por el autor fue el lateral izquierdo a nivel de la fosa paralumbar, excepto cuando se realizaron biopsias hepáticas, utilizando en éste caso el abordaje por la cavidad peritoneal ventral hepática (CPVH).

No se observaron ventajas significativas empleando el acceso directo por la cavidad intestinal peritoneal (CIP) descrito por Taylor^(16, 18). En nuestra opinión, empleando dicha técnica existen más riesgos de lesionar órganos como el proventrículo y el ventrículo, así como los ciegos en el caso de las aves en las que están muy desarrollados (por ejemplo en las gallináceas).

BIBLIOGRAFÍA.

1. Coles, B.H. Avian Medicine and Surgery. Blackwell Scientific Publications, 1985.
2. Cooper, J.E. Rigid Endoscopy in Exotic Species.
3. Harrison, G.J. Endoscopy. En: Harrison, G. & Harrison, L. (eds.): Clinical Avian Medicine and Surgery. W.B. Saunders Company, 1986.
4. Hunter, D.B., Taylor, M. Lung Biopsy as a Diagnostic Technique in Avian Medicine. Proceedings of the Annual Meeting of the A.A.V. New Orleans, pp. 207-211, 1992.
5. Kolias, G.V. Avian Endoscopy. En: Jacobson, E.R., Kolias, G.V. (eds.) Contemporary Issues in Small Practice-Exotic Animals. Vol 9. Churchill Livingstone. New York, 1988.
6. Kolias, G.V., Harrison, G.J. Biopsy Techniques. En: Harrison, G. y Harrison, L. (eds.): Clinical Avian Medicine and Surgery. W.B. Saunders Company, 1986.
7. McDonald, E. S. Endoscopic Examination. En: Diseases of Cage Birds. T.F.H. Publications Inc., 1985.
8. McLelland, J., King, A. The gross anatomy of the peritoneal and coelomic cavities of *Gallus domesticus*. Anat. Anz. Bd. 127: 480-490, 1970.
9. Bush, M. Laparoscopy and Surgery. In Fowler, M. (ed.): Zoo and Wild Animal Medicine, 2ª Ed. W.B. Saunders, 1986.
10. Rosskopf, W., Woerpel, R., Shindo, M., Fudge, A., Reavill, D., Robertson, J. Surgery of the Avian Respiratory System. Proceedings of the Association of the Avian Veterinarians, pp. 199-206, 1993.
11. Satterfield, W.C. Early Diagnosis of Avian Tuberculosis by Laparoscopy and liver biopsy. En: Cooper, J.E., Greenwood, A.G. (eds.): Recent Advances in the Study of Raptor Diseases. Chiron Publications. London, 1981.
12. Scott, J.R., Garner, S. Endoscopic Evaluation of Respiratory Tract Disease in Ratites. Proceedings, Annual Conference A.A.V., Nashville, Tennessee, Sept., 1993.
13. Tams, T.R. Small Animal Endoscopy. C.V. Mosby Company, 1990.
14. Taylor, M. A Morphological Approach to the Endoscopic Determination of Sex in Juvenile Macaws. J.A.A.V. 3 (4), 1989.
15. Taylor, M. Advanced Endoscopy Procedures. En: Manual of Avian Laboratory Procedures. Association of Avian Veterinarians, pp. 27-29, 1991.
16. Taylor, M. Endoscopy. En: Manual of Avian Laboratory Procedures. Association of Avian Veterinarians, pp. 21-27, 1991.
17. Taylor, M. A New Endoscopic System for the Collection of Diagnostic Specimens in the Birds. Proceedings of the Association of the Avian Veterinarians pp. 83-86, 1993.
18. Taylor, M. Endoscopy Examination and Biopsy Techniques. En: Ritchie, B.W., Harrison, G.J. y Harrison, L.R. (eds.): Avian Medicine: Principles and Application. Wingers Publishing, Inc., 1994.

